



UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA
FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA

Reação de plantas nativas do cerrado a
Meloidogyne javanica*, *M. incognita* e *M.
morocciensis

RAMON LIRA DOS ANJOS

Brasília-DF

Julho/2015

RAMON LIRA DOS ANJOS

**Reação de plantas nativas do cerrado a
Meloidogyne javanica, *M. incognita* e *M.*
*morocciensis***

Monografia apresentada à Faculdade de
Agronomia e Medicina Veterinária da
Universidade de Brasília – UnB, como parte das
exigências do curso de Graduação em
Agronomia, para a obtenção do título de
Engenheiro Agrônomo.

Orientador: Prof^o. CLEBER FURLANETTO

Brasília-DF

Julho/2015

FICHA CATALOGRÁFICA

ANJOS, Ramon Lira dos.

“REAÇÃO DE PLANTAS NATIVAS DO CERRADO A *MELOIDOGYNE JAVANICA*, *M. INCOGNITA* E *M. MOROCCIENSIS*”. Orientação: Cleber Furlanetto, Brasília 2015, 28 páginas.

Monografia de Graduação (G) – Universidade de Brasília / Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, 2015.

1. Nematoides-de-galha, Savana-brasileira, hospedabilidade, Plantas-Nativas.

I. Furlanetto, C. II. PhD.

REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA

LIRA-ANJOS, R. REAÇÃO DE PLANTAS NATIVAS DO CERRADO A *MELOIDOGYNE JAVANICA*, *M. INCOGNITA* E *M. MOROCCIENSIS*. Brasília: Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade de Brasília, 2015, 28 páginas. Monografia.

CESSÃO DE DIREITOS

Nome do Autor: RAMON LIRA DOS ANJOS

Título da Monografia de Conclusão de Curso: REAÇÃO DE PLANTAS NATIVAS DO CERRADO A *MELOIDOGYNE JAVANICA*, *M. INCOGNITA* E *M. MOROCCIENSIS*

Grau: 3º **Ano:** 2015

É concedida à Universidade de Brasília permissão para reproduzir cópias desta monografia de graduação e para emprestar ou vender tais cópias somente para propósitos acadêmicos e científicos. O autor reserva-se a outros direitos de publicação e nenhuma parte desta monografia de graduação pode ser reproduzida sem autorização por escrito do autor.

RAMON LIRA DOS ANJOS

**Reação de plantas nativas do cerrado a
Meloidogyne javanica, *M. incognita* e *M.
morocciensis***

Monografia apresentada à Faculdade de
Agronomia e Medicina Veterinária da
Universidade de Brasília – UnB, como parte das
exigências do curso de Graduação em
Agronomia, para a obtenção do título de
Engenheiro Agrônomo.

Orientador: Prof. PhD. CLEBER FURLANETTO

BANCA EXAMINADORA:

Cleber Furlanetto

Universidade de Brasília – UnB

Orientador / email: cfurla@hotmail.com

Jean Kleber de Abreu Mattos

Universidade de Brasília – UnB

Examinador / email: jkamattos@gmail.com

Danilo Furtado dos Santos

Universidade de Brasília - UnB

Examinador / email: dandefs@hotmail.com

À minha família, pessoas que me inspiram.

AGRADECIMENTOS

À minha amiga, professora e companheira de laboratório, Nancy Eunice, pelos ensinamentos, dedicação e ajuda neste trabalho.

Aos meus pais, pela ajuda, paciência e sacrifícios feitos no decorrer da minha caminhada.

Aos meus irmãos pelo apoio e companheirismo.

Aos meus colegas de laboratório pelo aprendizado e colaboração. Em especial Deborah e Danilo.

Às minhas colegas de laboratório, pelas experiências e conhecimentos compartilhados. Em especial, Camila, Karina, Cecília e Vanessa.

Ao meu primo Luan, pelas caronas, viagens e amizade intensificada durante os anos de curso.

Aos meus colegas de curso que fizeram dessa jornada a melhor experiência da minha vida. Em especial, Douglas, Ana Paula, Robson e Paulo.

Aos meus colegas da Empresa Júnior, pela dedicação, iniciativa e comprometimento com a empresa.

Aos meus colegas da Emater – DF pela experiência adquirida durante o meu período de estágio.

À NOVACAP pelas mudas fornecidas para a realização deste trabalho. Em especial ao Sr. Rômulo Ervilha.

Aos os professores do curso de Agronomia da UnB pela dedicação e prazer em lecionar.

Ao professor Cleber pela confiança, ensinamentos e oportunidades oferecidas. Além da amizade e boa vontade em me orientar durante toda a minha passagem na Agronomia.

LIRA - ANJOS, RAMON. **Reação de plantas nativas do cerrado a *Meloidogyne javanica*, *M. incognita* e *M. morocciensis***. 2015. Monografia (Bacharelado em Agronomia). Universidade de Brasília – UnB.

RESUMO

Objetivou-se estudar a reação de plantas nativas do cerrado a *Meloidogyne javanica*, *M. incognita* e *M. morocciensis*. O delineamento experimental foi inteiramente causalizado com 17 tratamentos e 4 repetições. Foram testadas 16 plantas nativas além de tomateiro cv. Santa Clara como controle positivo. Inoculou-se 5.000 ovos e J2 de cada espécie de *Meloidogyne* separadamente por planta/vaso. As plantas inoculadas foram mantidas em casa de vegetação por 6 meses e avaliadas com relação às variáveis índice de galhas (IG), índice de massas de ovos (IMO) e Fator de Reprodução (FR). Das plantas inoculadas apenas *Ficus adhatodifolia* (Gameleira) apresentou FR>1,0 para *M. incognita*, sendo que *Handroanthus roseo-albae* e *H. serratifolius* apresentaram FR>1,0 para *M. javanica* e *H. serratifolius* apresentou FR>1,0 para *M. morocciensis*. Essas plantas são hospedeiras potenciais desses nematoides e provavelmente permitem que esses nematoides se reproduzam e sobrevivam em áreas de cerrado nativo.

Palavras-chave: Nematoides de galha, Savana brasileira, hospedabilidade, Plantas nativas.

ABSTRACT

This work aimed to study the reaction of native cerrado plants to *Meloidogyne javanica*, *M. incognita* and *M. morocciensis*. The experimental design was completely randomised with 17 treatments and 4 replications. The assay was composed of sixteen native plants besides tomato plants cv. Santa Clara as the positive control. Each pot containing single tomato plants was inoculated with 5,000 eggs and J2 of each *Meloidogyne* species. After inoculation, plants were kept in a greenhouse for 6 months and evaluated based on the variables gall index (GI), egg masses index (IMO) and reproduction factor (RF). The results show that *Ficus adhatodifolia* (Gameleira) presented a RF>1 for *M. incognita*, and *Handroanthus roseo-albae* and *Handroanthus serratifolius* presented RF>1 for *M. javanica* and *H. serratifolius* presented RF>1 to *M. morocciensis*. These plants are potential hosts of these nematodes in cerrado areas and probably allow these nematodes to reproduce and survive in native cerrado areas.

Key-words: Root-knot nematodes, Brazilian savanna, Host status, Native plants.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Mudas transplantadas para os vasos.	13
Figura 2. Massas de ovos em raiz de <i>Handroanthus roseo-albus</i> (Ipê Branco).	17
Figura 3. Galhas em raiz de <i>Ficus adhatodifolia</i> (Gameleira) inculadas com <i>M. incognita</i> ...	19
Figura 4. Galhas e massas de ovos em raiz de <i>Handroanthus serratifolius</i> (Ipê Amarelo). ...	21

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Espécies botânicas nativas do cerrado avaliadas em relação à hospedabilidade a <i>Meloidogyne</i> ssp.	12
Tabela 2. Hospedabilidade de plantas nativas do cerrado a <i>M. javanica</i>	16
Tabela 3. Hospedabilidade de plantas nativas do cerrado a <i>M. incognita</i>	18
Tabela 4. Hospedabilidade de plantas nativas do cerrado a <i>M. morocciensis</i>	20

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	1
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	3
2.1. O bioma Cerrado.....	3
2.2. Nematoides no Cerrado.....	4
2.3. Nematoides do gênero <i>Meloidogyne</i>	5
2.3.1. Ciclo de vida e comportamento do <i>Meloidogyne</i> spp.	6
2.4. <i>Meloidogyne javanica</i>	8
2.5. <i>Meloidogyne incognita</i>	8
2.6. <i>Meloidogyne morocciensis</i>.....	9
3. MATERIAIS E MÉTODOS	11
3.1. Propagação de espécies vegetais nativas.....	11
3.2. Produção de inóculo, extração e inoculação de <i>Meloidogyne</i> spp. em plantas nativas	13
3.3. Bioensaio para avaliação da infecção causada por <i>M. javanica</i>, <i>M. incognita</i> e <i>M. morocciensis</i> e determinação do fator de reprodução (FR).....	14
4. RESULTADOS E DISCUSSÕES	15
4.1. Hospedabilidade de plantas nativas do cerrado a <i>Meloidogyne javanica</i>	15
4.2. Hospedabilidade de plantas nativas do cerrado a <i>Meloidogyne incognita</i>.....	17
4.3. Hospedabilidade de plantas nativas do cerrado a <i>Meloidogyne morocciensis</i>	19
5. CONCLUSÕES.....	22
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	23

1. INTRODUÇÃO

O cerrado é o segundo maior bioma brasileiro, perdendo em extensão de área apenas para a Amazônia e é tido como a última fronteira agrícola do planeta (BORLAUG, 2002). Atualmente o Bioma Cerrado ocupa cerca de 20% do território brasileiro (WWF, 2010), sendo encontrado em 13 estados, em uma área de cerca de 200 milhões de hectares, sendo a savana mais rica em diversidade do mundo (IBRAM DF, 2012).

A biodiversidade presente no Bioma Cerrado reflete em grande número de espécies de anfíbios, répteis, invertebrados e mamíferos (Prevedello & Carvalho, 2006), além de uma das mais ricas e diversas flora mundo com cerca de 11.627 espécies de plantas vasculares (MENDONÇA *et al.* 2008) e 44% de espécies vegetais endêmicas (Myers *et al.*, 2000). As diversas tipologias vegetacionais existentes no cerrado são adaptadas a solos distróficos com teores elevados de alumínio e pertencentes às classes dos Cambissolos, Latossolos e Neossolos Quartzarênicos (Toledo *et al.*, 2009).

Segundo a classificação de Köppen, o clima do cerrado é classificado como Aw (tropical chuvoso), sendo que o mesmo coincide com a distribuição da maioria das savanas (RICHARDS, 1976). O período chuvoso pode ser igual ou superior ao intervalo de três a seis meses, dependendo da região do Cerrado e a precipitação média anual é de aproximadamente 1500 mm, variando de 750 – 2000 mm (Adámoli *et al.*, 1987).

A biodiversidade vegetal no bioma Cerrado é representada por diferentes fitofisionomias como o cerrado *sensu stricto*, cerradão, campo limpo, campo sujo, matas, ciliares, matas de galeria e veredas (Eiten, 1993).

Segundo Goodland 1970, a vegetação natural do cerrado é caracterizada por algumas espécies dominantes, sendo estas pertencentes às famílias Fabaceae, Poaceae, Asteraceae, Rubiaceae, Arecaceae e Cyperaceae. Plantas pertencentes a essas famílias botânicas são encontradas em maior concentração e diversidade em cerrado *sensu stricto*, seguido por cerradão, pelos campos e matas de galeria (Cares & Huang, 2008).

O gênero *Meloidogyne* Goeldi, 1887, é conhecido com o nematoide das galhas radiculares. Algumas espécies deste gênero são amplamente disseminadas e capazes de parasitar plantas superiores de diferentes famílias botânicas (Moura, 1996). Constituem o grupo de fitoparasitas mais importantes no mundo, com mais de 90 espécies descritas (Karsen

& Moens, 2006) e mais de 2000 plantas hospedeiras, representando ameaça a produção agrícola mundial (Perry *et al.*, 2009).

Cinco importantes espécies de fitonematoídeos do gênero *Meloidogyne* foram encontrados em cerrado nativo por Silva (2012), sendo estes: *M. javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949, *M. incognita* (Kofoid & White, 1919), *M. hapla* (Chitwood, 1949), *M. morocciensis* (Rammah & Hirschmann, 1990) e *M. arenaria* (Neal, 1889) Chitwood, 1949. Plantas afetadas por *Meloidogyne* spp. tornam-se mais suscetíveis a outros fitopatógenos, menos resistentes a estresses, especialmente hídrico, e não respondem de maneira satisfatória a adubação (Moura, 1996).

O cerrado possui como um dos recursos mais importantes para sua preservação e exploração sustentável a grande biodiversidade existente em suas áreas. Por outro lado, a microbiota de seus solos ainda é pouco conhecida. Avaliar a sobrevivência de nematoídeos nas plantas nativas do cerrado pode contribuir para um melhor entendimento sobre a existência dos mesmos neste bioma.

Com base no exposto acima, objetivou-se estudar a reação de plantas nativas do cerrado a populações de *Meloidogyne javanica*, *M. incognita* e *M. morocciensis* coletadas em áreas de preservação com vegetação nativa de cerrado (Parque Nacional de Brasília e Fazenda Água Limpa da Universidade de Brasília) na intenção de conhecer melhor a sobrevivência desses animais no Cerrado brasileiro.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1. O bioma Cerrado

O bioma Cerrado faz parte do ecossistema das savanas tropicais, ambientes fitogeográficos que, em sua maior parte, estão situados entre os Trópicos de Câncer e de Capricórnio e são caracterizados por possuir uma camada contínua de vegetação herbácea e um dossel descontínuo de arbustos e árvores, cobrindo quase um quarto da superfície do planeta. Figuram ambientes dinâmicos e heterogêneos e são encontrados em todos os continentes (GOERT et al., 2008).

O clima do Cerrado é bastante sazonal e delimita-se em uma estação seca e outra chuvosa (Nimer, 1989). A precipitação média anual é de aproximadamente 1500 mm, com um período de concentração de chuvas de cinco a seis meses que vai de novembro a abril segundo Klink & Machado (2005).

O cerrado brasileiro compreende uma área de cerca de 204,6 milhões hectares e é reconhecido como a savana mais rica do mundo em biodiversidade, com a presença de diversos ecossistemas, além de possuir uma rica endemia. É o segundo maior bioma do Brasil, ocupando cerca de 20% do território nacional, sendo encontrado nos estados de Goiás, Tocantins, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, oeste e no norte de Minas Gerais, oeste da Bahia e Distrito Federal (Myers *et al.* (2000). Fora do Brasil, o Cerrado ocupa áreas na Bolívia e no Paraguai, enquanto paisagens parecidas são encontradas na Colômbia, Guianas, Suriname e Venezuela (Ribeiro & Walter, 1998).

No Brasil, o Cerrado se destaca, dentre outros motivos, pela importância que exerce na manutenção de importantes bacias hidrográficas brasileiras, como as dos rios Paraná, São Francisco, Araguaia e Tocantins, e também por exercer papel de sumidouro dos gases de efeito estufa. Além disso, a consagração como área de expansão agropecuária, confere ao bioma posição de importância no cenário econômico brasileiro, principalmente na produção de grãos e pecuária extensiva para a exportação (RATER et al., 1996).

As fitofisionomias predominantes no Cerrado são: cerradão (com árvores altas, vegetação densa e composição distinta), cerrado *sensu stricto* (com árvores baixas e esparsas), campo cerrado (predomínio de gramíneas, pequenas árvores e arbustos bastante esparsos entre si), campo sujo (presença marcante de arbustos e subarbustos entremeados no estrato

herbáceo), campo limpo (com progressiva redução da densidade arbórea) e floresta de galeria (mata ciliar com formações florestais geralmente associadas a cursos d'água) (Ribeiro & Walter, 1998).

A vegetação nativa do Cerrado vem sendo aos poucos afetada pela expansão agrícola de terras agriculturáveis de forma intensiva e extensiva. O desequilíbrio ambiental em áreas de cerrado nativo é causado pelo desmatamento da vegetação e pela contaminação do solo e da água devido ao uso indiscriminado de insumos agrícolas (Mattos, 1999).

2.2. Nematoides no Cerrado

Nematoides são animais invertebrados, normalmente microscópicos, considerados uns dos animais mais abundantes e entre os mais diversificados do planeta (Cares & Huang, 2008). Pertencem ao filo Nematoda Potts, 1932. Possuem diversos hábitos alimentares e diferentes papéis ecológicos no solo (Maggenti, 1981; Yates *et al.*, 1993). Devido a suas características de abundância, diversidade taxonômica e trófica, entre outras, os nematoides podem ser utilizados como ótimos indicadores de alterações ambientais, qualidade do solo e sustentabilidade (Neher, 2001). Segundo Procter (1990), os nematoides executam importantes funções no solo, contribuindo para a ciclagem de nutrientes e a regulação da fertilidade do solo por meio do fluxo de energia e da mobilização de nutrientes.

Cares & Huang (1991) relataram a ocorrência de vários gêneros de nematoides em áreas de Cerrado nativo e cultivado. Os autores também compararam a prevalência de gêneros de nematoides em campo cerrado, mata de galeria e campo úmido. De acordo com os autores, espécimes dos gêneros *Aorolaimus*, *Coslenchus*, *Criconema*, *Discocriconemella*, *Hemicriconemoides* e *Trophotylenchulus* foram encontrados com maior frequência em áreas de cerrado sensu stricto, enquanto os dos gêneros *Meloidogyne*, *Hemicycliophora*, *Aphelenchoides*, *Malenchus*, *Helicotylenchus* e *Ditylenchus* em mata de galeria. Nos campos úmidos, os nematoides encontrados com maior frequência foram os dos gêneros *Caloosia*, *Criconemella*, *Filenchus*, *Pratylenchus*, *Xiphinema* e *Meloidogyne*. As populações de alguns nematoides foram maiores nas áreas cultivadas do que nas áreas nativas, mostrando que os nematoides oriundos dessas áreas se adaptaram bem às novas condições. Agrossistemas são geralmente estabelecidos com monoculturas e práticas de manejo que causam modificações de umidade e temperatura no ambiente. Por esse motivo, esses habitats instáveis, resultantes

da ação do homem, acabam por inibir o estabelecimento e/ou a permanência de vários nematoides (Goulart *et al.*, 2003).

Huang & Cares (1995), avaliando a composição de comunidades de nematoides parasitas de plantas em cerrado nativo e cultivado do Brasil Central e considerando cinco diferentes fitofisionomias e tipos de solos, observaram que 90% das amostras continham pelo menos quatro gêneros de fitonematoides, sendo que no cerrado a comunidade de nematoides era dominada por *Helicotylenchus*, *Meloidogyne*, *Ecphyadophora*, *Discocriconemella*, *Trophotylenchulus* e *Tylenchus*.

Souza *et al.* (1994) estudando a ocorrência de *Meloidogyne* spp., associados a vegetação nativa em cerrado do Distrito Federal, detectaram *M. javanica* e *M. arenaria*.

Rodrigues (2011) e Silva (2012) estudaram recentemente a fauna nematológica em áreas preservadas de cerrado do Parque Nacional de Brasília (PNB) e Fazenda Água Limpa (FAL-DF). No trabalho de Silva (2012), foram identificadas cinco espécies de *Meloidogyne* (*M. morocciensis*, *M. arenaria*, *M. javanica*, *M. incognita* e *M. hapla*), além de estudo da hospedabilidade de plantas nativas do cerrado a *M. javanica*.

Em estudo de grupos composicionais e tróficos de nematoides em amostras de solo coletados na rizosfera de sucupira branca (*Pterodon pubescens* Benth.) em cerrado nativo, pode-se observar que houve predomínio de nematoides fitoparasitas, sendo em sua maioria espécies do gênero *Trophotylenchulus*, *Coslenchus* e *Meloidogyne* (Huang *et al.*, 1996)

2.3. Nematoides do gênero *Meloidogyne*

As espécies do gênero *Meloidogyne* Goeldi, 1887 constituem uma pequena parte do Filo Nematoda, que compreende os nematoides em geral, incluindo os parasitas do homem, dos animais e de plantas, além de espécies de vida livre no solo, água doce e no mar (Maggenti, 1981). Foi observado pela primeira vez em 1877 quando C.Jobert, em uma viagem ao Brasil, procurava identificar o problema que causava o declínio dos cafezais no estado do Rio de Janeiro, uma doença que provocava o engrossamento das raízes do cafeeiro (FERRAZ e MONTEIRO, 1995).

O gênero *Meloidogyne* faz parte da classe Chromadorea, ordem Rhabditida, Subordem Tylenchina, Infraordem Tylenchomorpha, Superfamília Tylenchoidea e família Meloidogynidae (De Ley & Blaxter, 2002; Karsen & Moens, 2006).

Estes nematoides são importantes fitoparasitas de grande distribuição no mundo, obrigatórios em diversos tipos de plantas, incluindo monocotiledôneas, dicotiledôneas, anuais ou Perenes. Podem parasitar espécies de importância agrônômica como grãos, frutas e plantas ornamentais. Além disso, causam prejuízos por afetarem a produção das plantas infectadas, tanto em termos quantitativos, como qualitativos (EINSENBACH; TRIANTAPHYLOU, 1991). Também são responsáveis por grandes perdas em várias culturas no Brasil, tais como tomateiro, soja, algodão, milho, cafeeiro, entre outras (Costa Manso; Tenente, 1994).

Além de plantas cultivadas, os nematoides possuem a capacidade de se multiplicar em plantas invasoras presentes em áreas de cultivo, uma vez que muitas são hospedeiras naturais desses parasitas, multiplicando o inóculo e impedindo a interrupção do ciclo do patógeno, dificultando o manejo do controle do nematoide (LORDELLO, LORDELLO, PAULO, 1988).

2.3.1. Ciclo de vida e comportamento do *Meloidogyne* ssp.

O ciclo de vida de *Meloidogyne* inicia-se com a fêmea depositando seus ovos em um único local da raiz, formando uma massa de ovos envolta em uma matriz gelatinosa (Taylor & Sasser, 1983). Essa matriz gelatinosa mantém os ovos unidos e protegidos contra condições ambientais adversas e predação, além de apresentar propriedades antimicrobianas (Orion & Kritzman, 1991). No interior dos ovos, o desenvolvimento embrionário resulta no juvenil de primeiro estágio (J1) que passa por uma ecdise, dando origem ao juvenil de segundo estágio (J2). De maneira geral, o J2 eclode quando há condições ambientais favoráveis à sua sobrevivência, tais como temperatura apropriada, disponibilidade de oxigênio e níveis de umidade do solo adequados e ausência de barreiras fisiológicas, como, por exemplo, a diapausa (Curtis et al., 2009). Esse estágio móvel, vermiforme, infectante migra através do solo atraído por substâncias liberadas pelas plantas, penetrando nas raízes da hospedeira. Há evidências de que quando presentes raízes de plantas resistentes e suscetíveis, as suscetíveis são mais atraentes (Curtis et al., 2009).

Os J2 movem-se por entre as células dos tecidos da planta perfurando-as com o estilete, migrando até a zona de elongação da raiz, na periferia do cilindro central, onde estabelecem seus sítios de alimentação no parênquima vascular iniciando um complexo relacionamento com a planta (Taylor & Sasser, 1983). O início da alimentação do J2 em células do protoxilema e protofloema induz a diferenciação dessas células em células especializadas, chamadas células gigantes (Moens et al., 2009). Uma vez que as células gigantes são iniciadas, o nematoide torna-se sedentário e ocorre então a segunda ecdise (J2 para J3), a terceira ecdise (J3 para J4) e a quarta ecdise (J4 para fêmea jovem) (Eisenback & Triantaphyllou, 1991; Moens et al., 2009). Logo após a última ecdise, a fêmea jovem começa a se alimentar, permanecendo ali o restante de sua vida. Ocorre a hiperplasia e hipertrofia das células comprometidas resultando, normalmente, na formação da galha radicular. (Eisenback & Triantaphyllou, 1991). A formação de galhas radiculares pode variar entre as espécies de *Meloidogyne* e as plantas hospedeiras. *Meloidogyne hapla*, por exemplo, é particularmente conhecida pela incidência elevada de raízes adventícias que se desenvolvem a partir das galhas radiculares (Sasser, 1954 apud Moens et al., 2009). Em algumas hospedeiras, as galhas podem ser pequenas ou indistintas, resultando muitas vezes na não identificação do parasitismo (Moens et al., 2009).

Os machos, quando presentes, são vermiformes e não há evidências que se alimentam (Moens et al., 2009). A mudança de forma nos machos (piriforme para adulto vermiforme) ocorre durante o quarto estágio juvenil (J4) (Eisenback & Triantaphyllou, 1991). A maioria das espécies de *Meloidogyne* são partenogenéticas. Algumas se reproduzem por partenogênese meiótica facultativa, mas várias das espécies economicamente mais importantes, tais como *M. javanica*, *M. incognita* e *M. arenaria*, possuem modo de reprodução partenogenético mitótico obrigatório (revisado por Castagnone-Sereno, 2006).

Em condições normais, a quase totalidade dos adultos formados de *Meloidogyne* spp. são fêmeas. Porém, em condições ambientais desfavoráveis, com elevada população de nematoides na raiz ou resistência da planta hospedeira, os juvenis que se desenvolveriam em fêmeas, tornam-se machos, pois seu primórdio sexual se desenvolve em testículos em vez de ovários. Tal fenômeno é conhecido por reversão sexual e é um dos mecanismos de sobrevivência desses nematoides, pois menos ovos serão produzidos e o parasitismo sobre a planta infectada será mais brando, garantindo a sobrevivência das fêmeas formadas (Freitas *et al.*, 2006).

A duração do ciclo de vida do nematoide das galhas é intensamente afetada pela temperatura, umidade e planta hospedeira. As fêmeas produzem ovos por três semanas, depois cessam a produção, podendo viver um pouco mais. Os machos vivem semanas e os J2 podem viver de poucos dias a meses (Taylor & Sasser, 1983).

2.4. *Meloidogyne javanica*

Em 1885, Treub havia descrito uma espécie de nematoide sedentário em cana-de-açúcar, na Ilha de Java, Indonésia, e a nomeou de *Heterodera javanica*. Chitwood, em 1949, efetuou uma revisão de *Meloidogyne* Goeldi. Nesse estudo, a espécie descrita por Treub foi transferida para *Meloidogyne*, mantendo-se o nome específico, *M. javanica* (SANTOS, 1997).

Até o momento, três raças de *M. javanica*, segundo (Rammah & Hirschmann, 1990), foram encontradas na literatura: raça 1 parasitando fumo, melancia e tomate, raça 2 parasitando as plantas citadas anteriormente mais o pimentão, e raça 3 que parasita as mesmas plantas que a raça 1 mais o amendoim. No Brasil, embora *M. javanica* seja a espécie mais importante (Carneiro et al., 1996, 2000), praticamente não existem estudos sobre raças dessa espécie.

Meloidogyne javanica tem sido reportada como uma espécie que apresenta baixa variabilidade intraespecífica (Castgnone-Sereno *et al.*, 1994; Blok *et al.*, 1997). Estudos recentes realizados por Cofcewicz *et al.* (2004) com sete populações provenientes de bananeiras de diferentes regiões do Brasil revelaram uma variabilidade intra-específica de aproximadamente 29,1%, que é ainda considerada baixa. Entretanto, estudos realizados por Carneiro *et al.* (1998), com quatro populações brasileiras de *M. javanica*, mostraram variabilidades morfológicas, enzimáticas, fisiológicas e genéticas. A presença de quatro raças fisiológicas detectadas em *M. javanica* é outro exemplo de variabilidade intra-específica observada nesta espécie (Carneiro *et al.*, 2003).

2.5. *Meloidogyne incognita*

Meloidogyne incognita (Kofoid & White, 1919), Chitwood, 1949, é vista como uma das principais espécies de *Meloidogyne* de importância econômica, sendo responsável por

entorno de 95% dos prejuízos causados à agricultura mundial (Moura, 1996). É uma espécie polífaga encontrada tanto em regiões tropicais quanto temperadas, onde está limitado a sistemas agrícolas protegidos (Karssen & Moens, 2006).

Esta espécie causa alta destruição do sistema radicular, eliminando praticamente todas as laterais e provocando fendas no córtex. A planta entra em declínio, podendo chegar a morte, após um quadro sintomatológico que inclui queda das folhas, clorose foliar e sintomas de deficiências nutricionais. *M. incognita* é o parasita de maior presença e de maior importância nas áreas cafeeiras, pois possui históricos de ação devastadora para essa cultura. É altamente polífaga, sendo capaz de parasitar um grande número de vegetais, possui controle mais difícil que qualquer outra espécie citada (Lordello, 1984).

A morfologia detalhada de algumas populações de *M. incognita*, incluindo as pertencentes as quatro raças e às duas formas citológicas existentes, demonstrou que todas as populações já estudadas são morfologicamente similares e constituem a mesma unidade taxonômica (Eisenback & Triantaphyllou, 1991). Porém, isolados incomuns ainda não identificados em nível de espécie foram consideradas espécies críticas por apresentarem características morfológicas e agrupamentos em estudos moleculares próximos a *M. incognita* (Castro *et al.*, 2003; Cofcewicz *et al.*, 2004; 2005; Carneiro *et al.*, 2005b; Lima Medina *et al.*, 2006).

2.6. *Meloidogyne morocciensis*

Meloidogyne morocciensis Rammah & Hirschmann, 1990, foi descrito no Marrocos parasitando plantas de pêssigo (*Prunus persica* cv. Missouri). No início essa espécie de nematoide teria sido identificada temporariamente como *M. arenaria* (Neal) Chitwood, com base em poucos padrões perineais. Mais tarde, estudos citológicos mostraram que essa população tinha de 47-49 cromossomos (2n) e, portanto, pareciam com um complexo de espécies hipotriplóides de *M. arenaria* (Triantaphylloou, 1985). Bioquimicamente, possuía o mesmo fenótipo de esterase de *M. arenaria* (Esbenshade, 1985). No teste diferencial de hospedeiras, mostrou-se igual a *M. incognita* raça 2, sendo infectivo a fumo, pimenta, melancia e tomate, mas não infectivo a algodão e amendoim, Estudos detalhados a base de microscopia de luz e eletrônica de varredura mostraram que cada estágio de vida possuía

características morfológicas que eram diferentes de *M. arenaria*, *M. incognita* ou de qualquer outra espécie de *Meloidogyne* descrita.

A morfologia do estilete das fêmeas de *M. morocciensis* é muito parecida ao de *M. javanica*, mas o cone em *M. morocciensis* é mais encurvado dorsalmente, e os nódulos são mais transversalmente ovóides e detacados. O formato da região da cabeça dos machos no microscópio óptico é semelhante à de *M. incognita*, embora a região da cabeça seja mais destacada. A morfologia dos estiletos dos machos é semelhante a *M. arenaria*, apesar dos nódulos do estilete serem menos arredondados anteriormente e não muito inclinados posteriormente. O comprimento do corpo do J2 é mais curto que o do *M. arenaria* (374,4µm – 454,4µm com média de 400,8µm; *M. arenaria* 391,6µm – 605,2µm com média de 503,6µm). O mesmo vale para o comprimento da cauda (46,6µm – 58,1µm com média de 52,5µm; *M. arenaria* 43,6µm – 69,4µm com média de 56,0µm). O formato da cabeça de J2 se assemelha à *M. incognita*.

Devido a essas características morfológicas e biológicas é que o *M. morocciensis* foi descrito como uma nova espécie do gênero.

3. MATERIAIS E MÉTODOS

3.1. Propagação de espécies vegetais nativas

Foram utilizadas 80 mudas de 16 espécies de plantas nativas do cerrado (**Tabela 1**) cedidas pela Companhia Urbanizadora da Nova Capital do Brasil (Novacap), Brasília – DF. As mudas tinham altura de 20 cm a 30 cm, fruto da semeadura em tubetes com substrato estéril. Após o recebimento, as mudas foram transplantadas para vasos de barro, conforme ilustrado na **Figura 1**, contendo 2,0 L de substrato estéril (solo autoclavado a 120°C/1 hora + areia 1:1 e NPK 4-14-8).

Tabela 1. Espécies botânicas nativas do cerrado avaliadas em relação à hospedabilidade a *Meloidogyne* ssp.

Nome Popular	Nome Científico	Família
Ingá Mirim	<i>Inga fagifolia</i> (L.) Willd. ex Benth	Leguminosae-mimosoideae
Sucupira Preta	<i>Bowdichia virgilioides</i> Kunth	Fabaceae
Ingá Colar	<i>Inga marginata</i> Willd	Fabaceae
Gameleira	<i>Ficus adhatodifolia</i> Schott ex Spreng	Moraceae
Aroeira	<i>Myracrodruon urundeuva</i> Allemão	Anacardiaceae
Feijão - Landim	<i>Calophyllum brasiliense</i> Cambess	Clusiaceae
Feijão Cru	<i>Lonchocarpus muehlbergianus</i> Hassl	Fabaceae-Faboideae
Vinhático	<i>Platymenia foliolosa</i> Benth	Fabaceae-Mimosoideae
Chichá	<i>Sterculia chicha</i> A. St.-Hil. ex Turpin	Malvaceae
Ipê Verde	<i>Cybistax antisyphilitica</i> (Mart.)	Bignoniaceae
Peroba Branca	<i>Chrysophyllum Gonocarpum</i> (Mart. & Eichler) Engl.	Sapotaceae
Ipê Branco	<i>Handroanthus roseo-albus</i> (Ridl.)	Bignoniaceae
Tarumã	<i>Vitex megapotamica</i> (Sprengel) Moldenke	Verbenaceae
Ipê Amarelo	<i>Handroanthus serratifolius</i> (Vahl) S. O. Grose	Bignoniaceae
Jacarandá do Cerrado	<i>Dalbergia miscolobium</i> Benth	Fabaceae
Ipê Roxo	<i>Handroanthus impetiginosus</i> (Mart. ex DC.) Mattos	Bignoniaceae



Figura 1. Mudas transplantadas para os vasos.

3.2. Produção de inóculo, extração e inoculação de *Meloidogyne* spp. em plantas nativas

Três espécies de nematoides do gênero *Meloidogyne* (*M. javanica* , *M. incognita* e *M. morocciensis*), oriundos de áreas de cerrado nativo (Silva, 2012), foram multiplicadas em tomateiro (*Solanum lycopersicum* L.) e serviram de inóculo para as inoculações nas plantas nativas do cerrado.

Os ovos de *M. javanica*, *M. incógnita* e *M. morocciensis* foram extraídos de raízes de tomateiros previamente inoculados com o nematoide. A metodologia utilizada para a extração de ovos de *Meloidogyne ssp.* foi baseada em Carneiro et al. (2004). Raízes de tomateiro foram cortadas em pedaços menores e trituradas em liquidificador em solução de hipoclorito de sódio 0,5%. A solução obtida foi passada em um conjunto de peneiras de 20 e 500 mesh. A concentração de ovos foi determinada em lâmina de Peters no microscópio óptico, para inoculação de 10.000 ovos/planta. As plantas inoculadas foram mantidas em casa de vegetação por seis meses até serem avaliadas.

3.3. Bioensaio para avaliação da infecção causada por *M. javanica*, *M. incognita* e *M. morocciensis* e determinação do fator de reprodução (FR)

Seis meses após a inoculação, as partes aéreas das plantas foram cortadas e descartadas. As raízes foram retiradas dos vasos, lavadas, pesadas e cloradas com floxina B a 0.0015% (mg/L) por aproximadamente 20 minutos; posteriormente avaliou-se os índices de galhas e de massas de ovos, de acordo com a escala de Taylor & Sasser (1978): 0 = nenhuma galha ou massa de ovos; 1= 1-2; 2= 3-10; 3= 11-30; 4= 31-100; 5= >100 galhas ou massas de ovos.

Para a extração dos ovos das raízes utilizou-se a metodologia proposta por Hussey & Barker (1973), modificada por Boneti & Ferraz (1981). Cortou-se as raízes, individualmente de cada planta, em pedaços de aproximadamente 2 cm, e triturou-as em um liquidificador com solução de hipoclorito de sódio (NaOCl) a 1% por dois minutos. Em seguida, a solução foi passada para um conjunto de peneiras de 20, 100 e 500 mesh. Recuperou-se os ovos na peneira de 500 mesh e o volume foi padronizado para 100 mL. A contagem da quantidade de ovos de cada raiz foi feita em uma lâmina de Peters ao microscópio óptico. Foram realizadas 3 contagens de cada amostra de raiz e a média das contagens utilizadas para o cálculo de FR. Calculou-se o FR dividindo o número de ovos por planta pelo número de ovos inoculados na planta (10.000). As espécies que apresentaram fator de reprodução <1 foram consideradas más hospedeiras.

4. RESULTADOS E DISCUSSÕES

4.1. Hospedabilidade de plantas nativas do cerrado a *Meloidogyne javanica*

Do total de dezesseis espécies de plantas nativas testadas, quatorze foram consideradas más hospedeiras a *M. javanica*, apresentando fator de reprodução (FR) menor que 1 (**Tabela 2**). Das dezesseis espécies de plantas, cinco apresentaram sintomas de galhas causados por *M. javanica*, embora três dessas espécies tenham apresentado um pequeno número de galhas e massas de ovos (*Ficus adhatodifolia*, *Chrysophyllum Gonocarpum* e *Vitex megapotamica*) com o FR variando de 0,04 a 0,92, permanecendo as demais espécies com fator de reprodução zero (**Tabela 2**).

Tabela 2. Reação de plantas nativas do cerrado a *M. javanica*.

Nome científico	Plantas	<i>Meloidogyne javanica</i>			
	Massa Raiz (g)	IG	IM O	FR	Ovos/g raiz
<i>Solanum lycopersicum</i>	10,07	5	5	33,32	19.235,12
<i>Inga fagifolia</i>	24,16	0	0	0	0
<i>Bowdichia virgilioides</i>	1,7	0	0	0	0
<i>Inga marginata</i>	16,88	0	0	0	0,52
<i>Ficus adhatodifolia</i>	57,79	4,5	4,5	0,82	53,55
<i>Myracrodruon urundeuva</i>	11,52	0	0	0	0
<i>Calophyllum brasiliense</i>	10,05	0	0	0	0
<i>Lonchocarpus muehlbergianus</i>	8,58	0	0	0	0,36
<i>Platymenia foliolosa</i>	6,1	0	0	0	0,80
<i>Sterculia chicha</i>	63,94	0	0	0	0,06
<i>Cybistax antisiphilitica</i>	15,66	1,75	0	0	0,09
<i>Chrysophyllum Gonocarpum</i>	13,16	0	0	0,04	10,91
<i>Handroanthus roseo-albus</i>	24,38	3	3	1,95	395,27
<i>Vitex megapotamica</i>	25,56	1,25	2	0,92	408,85
<i>Handroanthus serratifolius</i>	13,682	1	0,75	1,34	469,04
<i>Dalbergia miscolobium</i>	17,72	0	0	0	0
<i>Handroanthus impetiginosus</i>	31,19	0,25	0,25	0	0

De uma maneira geral, as espécies nativas estudadas foram consideradas más hospedeiras de *M. javanica* se comparadas com o tomateiro que é uma espécie muito suscetível e atuou neste estudo como controle positivo, apresentando FR = 33,32 (**Tabela 2**). No entanto, as espécies *Handroanthus roseo-albus* e *Handroanthus serratifolius* foram consideradas boas hospedeiras de *M. javanica* apresentando os maiores números de massa de ovos e galhas e um FR de 1,95 e 1,34 respectivamente. A **Figura 2** ilustra a massa de ovos presentes nas raízes de *Handroanthus roseo-albus*.



Figura 2. Massas de ovos em raiz de *Handroanthus roseo-albus* (Ipê Branco).

4.2. Hospedabilidade de plantas nativas do cerrado a *Meloidogyne incognita*

Do total de dezesseis espécies de plantas nativas testadas, quinze foram consideradas más hospedeiras a *M. incognita*, apresentando fator de reprodução (FR) menor que 1 (**Tabela 3**). Das dezesseis espécies de plantas, cinco apresentaram sintomas de galhas causando por *M. incognita*, embora quatro dessas espécies tenham apresentado um pequeno número de galhas e massas de ovos (*Chrysophyllum Gonocarpum*, *Vitex megapotamica*, *Handroanthus serratifolius* e *Handroanthus impetiginosus* com o FR variando de 0,01 a 0,40 (**Tabela 3**)).

Tabela 3. Reação de plantas nativas do cerrado a *M. incognita*.

Plantas		<i>Meloidogyne incognita</i>			
Nome científico	Massa Raiz (g)	IG	IM O	FR	Ovos/g raiz
<i>Solanum lycopersicum</i>	11,87	5	5	18,81	9.064,57
<i>Inga fagifolia</i>	21,13	0	0	0	0
<i>Bowdichia virgilioides</i>	6,20	0	0	0	0
<i>Inga marginata</i>	14,43	0	0	0	0
<i>Ficus adhatodifolia</i>	56,84	5	3,75	6,47	534,08
<i>Myracrodruon urundeuva</i>	10,52	0	0	0	0
<i>Calophyllum brasiliense</i>	13,45	0	0	0	0
<i>Lonchocarpus muehlbergianus</i>	9,31	0	0	0	0,94
<i>Platymenia foliolosa</i>	6,26	0	0	0	0,36
<i>Sterculia chicha</i>	50,19	0	0	0	0
<i>Cydistax antisiphilitica</i>	17,53	0,25	0	0	0
<i>Chrysophyllum Gonocarpum</i>	10,44	0	0	0	3,19
<i>Handroanthus roseo-albus</i>	21,45	0,25	0	0	0
<i>Vitex megapotamica</i>	22,39	3,50	3	0,40	89,56
<i>Handroanthus serratifolius</i>	7,95	2,25	2	0,12	93,25
<i>Dalbergia miscolobium</i>	14,72	0	0	0	0,98
<i>Handroanthus impetiginosus</i>	29,41	2	2	0,01	1,71

As espécies nativas, de maneira geral, também foram consideradas más hospedeiras de *M. incognita* se comparadas com o tomateiro que apresentou um FR = 18,81 (**Tabela 3**). No entanto, a espécie *Ficus adhatodifolia* foi considerada uma excelente hospedeira de *M. incognita*, apresentando os maiores números de massa de ovos e galhas, **Figura 3**, entre as plantas nativas de todo o estudo e um FR = 6,47, superando inclusive, o tomateiro inoculado com *M. morocciensis* com FR = 4,31 (Tabela 4).



Figura 3. Galhas em raiz de *Ficus adhatodifolia* (Gameleira) inculadas com *M. incognita*.

4.3. Hospedabilidade de plantas nativas do cerrado a *Meloidogyne morocciensis*

Do total de dezesseis espécies de plantas nativas testadas, quinze foram consideradas más hospedeiras a *M. morocciensis*, apresentando fator de reprodução (FR) menor que 1 (**Tabela 4**). Das dezesseis espécies de plantas, três apresentaram sintomas de galhas causados por *M. morocciensis*, embora duas dessas espécies tenham apresentado um pequeno número de galhas e massas de ovos (*Ficus adhatodifolia* e *Vitex megapotamica*) com o FR variando de 0,05 a 0,46, permanecendo as demais espécies com fator de reprodução zero (**Tabela 4**).

Tabela 4. Reação de plantas nativas do cerrado a *M. morocciensis*.

Plantas		<i>Meloidogyne morocciensis</i>			
Nome científico	Massa Raiz (g)	IG	IMO	FR	Ovos/g raiz
<i>Solanum lycopersicum</i>	25,04	5	5	4,31	860,36
<i>Inga fagifolia</i>	18,04	0	0	0	0,80
<i>Bowdichia virgilioides</i>	5,45	0	0	0	0
<i>Inga marginata</i>	13,52	0	0	0	0,17
<i>Ficus adhatodifolia</i>	55,65	3,67	3	0,46	41,18
<i>Myracrodruon urundeuva</i>	5,6	0	0	0	0
<i>Calophyllum brasiliense</i>	10,7	0	0	0	0
<i>Lonchocarpus muehlbergianus</i>	6,54	0	0	0	0
<i>Platymenia foliolosa</i>	5,46	0	0	0	0
<i>Sterculia chicha</i>	62,04	0	0	0	0
<i>Cybistax antisyphilitica</i>	19,69	2	0	0	0,49
<i>Chrysophyllum Gonocarpum</i>	14,72	0	0	0	0
<i>Handroanthus roseo-albus</i>	17,63	0,50	0,50	0	0
<i>Vitex megapotamica</i>	25,26	0,50	0,50	0,05	9,56
<i>Handroanthus serratifolius</i>	7,66	1,25	1,25	1,17	594,72
<i>Dalbergia miscolobium</i>	17,82	0	0	0	0
<i>Handroanthus impetiginosus</i>	29,13	0,25	0,25	0	0

As espécies nativas, de maneira geral, também foram consideradas más hospedeiras de *M. morocciensis* se comparadas com o tomateiro que apresentou um FR = 4,31 (**Tabela 4**), sendo o mais baixos entre os tomateiros que atuaram como controle positivo. No entanto, a espécie *Handroanthus serratifolius* foi considerada uma boa hospedeira de *M. morocciensis*, conforme ilustrado na **Figura 4**, apresentando os maiores números de massa de ovos e galhas entre as plantas nativas inoculadas com *M. morocciensis* e um FR = 1,17, sendo o mais baixo entre as plantas com o FR maior que 1.



Figura 4. Galhas e massas de ovos em raiz de *Handroanthus serratifolius* (Ipê Amarelo).

5. CONCLUSÕES

Com base nos resultados obtidos neste estudo e nas condições na qual o experimento foi realizado, é possível concluir que a planta nativa do cerrado *Ficus adhatodifolia* é uma excelente hospedeira de *M.incognita* e má hospedeira de *M. javanica* e *M. morocciensis*.

Handroanthus roseo-albus e *Handroanthus serratifolius* são hospedeiras de *M. javanica*, sendo que *Handroanthus serratifolius* também é hospedeira de *M. morocciensis*.

É necessário mais estudos com plantas nativas do cerrado em relação à hospedabilidade de nematoides do gênero *Meloidogyne* encontrados no cerrado nativo com o intuito de auxiliar produtores na identificação das espécies de plantas hospedeiras que podem servir de fonte de inóculo nas áreas com culturas agrícolas e até mesmo para estudos ecológicos relacionados à fauna do solo.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ADÁMOLI, J.; MACEDO, J.; AZEVEDO, L. G.; NETTO, J. M., 1987. Caracterização da região dos cerrados. In: Goedert, W.J., ed. Solos dos cerrados: tecnologias e estratégias de manejo. São Paulo: Nobel/Planaltina: EMBRAPA-CPAC p.33-98.

BLOK VC, PHILLIPS MS, MCNICOL JW, FARGETTE M (1997) Genetic variation in tropical *Meloidogyne* spp. as shown by RAPDs. Fundamental and Applied Nematology 20: 127-133.

BORLAUG, N.E. 2002. Feeding a world of 10 billion people: the Miracle ahead. In: r. Bailey (ED.). Global warming and other Eco-myths. PP. 29-60. Competitive enterprise institute, roseville, EUA.

BONETI JIS, FERRAZ S (1981) Modificação do método de Hussey & Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* de raízes de cafeeiros. Fitopatologia Brasileira 6:553.

CARES, J.E. & HUANG, S.P. 1991. Nematode fauna in natural and cultivated cerrados of Central Brazil. Fitopatologia Brasileira 16:199-209

CARES JE, HUANG SP (2008) Comunidades de nematoides de solo sob diferentes sistemas da Amazônia e Cerrados brasileiros. In: Moreira FMS, Siqueira JO, Brussaard L (eds.) Biodiversidade do solo em Ecossistemas Brasileiros. Universidade Federal de Lavras- MG pp. 409-444.

CARNEIRO, R. M. D. G.; ALMEIDA, M.R.A. & CARNEIRO R. G.. Enzyme phenotypes of Brazilian populations of *Meloidogyne* spp Fundamental and Applied Nematology, 19: 555 – 560. 1996.

CARNEIRO RMDG, CARNEIRO RG, NEVES DIN, ALMEIDA MRA (2003) Nova raça de *Meloidogyne javanica* detectada em *Arachis pintoi* no estado do Paraná. Nematologia Brasileira 27: 219-222.

CARNEIRO RMDG, CASTAGNONE-SERENO P, DICKSON D (1998) Variability among four populations of *Meloidogyne javanica* from Brazil. Fundamental and Applied. Nematology 21: 319-326.

CARNEIRO RMDG, RANDIG O, ALMEIDA MRA, GONÇALVES W (2005b) Identificação e caracterização de espécies de *Meloidogyne* em cafeeiro nos estados de São Paulo e Minas Gerais através de fenótipos de esterase e SCAR-Multiplex-PCR. *Nematologia Brasileira* 29:233-241.

CARNEIRO, R.M.D.G., TIGANO, M.S., RANDIG, O., ALMEIDA, M.R. A. & SARAH, J.L. 2004. Identification and genetic diversity of *Meloidogyne* spp. (Tylenchida: Meloidogynidae) on coffee from Brazil, Central America and Hawaii. *Nematology* (6): 287-298.

CARNEIRO, R.M.D.G.; ALMEIDA, M.R.A & QUÉNHERVÉ, P.. Enzyme phenotype of *Meloidogyne* spp Populations. *Nematology*, 2: 645 – 654. 2000.

CASTAGNONE-SERENO P, VANLERBERGHE-MASUTTI F, LEROY F (1994) Genetic Polymorphism between and within *Meloidogyne* species detected with RAPD markers. *Genome* 37: 904-909.

CASTAGNONE-SERENO, P. 2006. Genetic variability and adaptive evolution in parthenogenetic root-knot nematodes. *Heredity* 96:282–289

CASTRO JMC, LIMA RD, CARNEIRO RMDG (2003) Variabilidade isoenzimática de populações de *Meloidogyne ssp.* de regiões brasileiras produtoras de soja. *Nematologia brasileira* 27: 1-12.

COFCEWICZ ET, CARNEIRO RMDG, CASTAGNONE-SERENO P, QUÉNÉHERVÉP (2004) Enzyme phenotypes and genetic diversity of root- knot nematodes parasitising *Musa* in Brazil. *Nematology* 6: 85-95.

COSTA MANSO, E.; TENENTE, R. V. Extração e identificação de fitonematoides. *RAPP*, v. 3, p. 265-291, 1994.

CURTIS, R.H.C.; ROBINSON, A.F. & PERRY, R.N. 2009. Hatch and host location. In: Perry, R.N.; Moens, M.; Starr, J.L. *Root Knot Nematodes*. Wallingford, UK, CABI Publishing p. 139-162.

DE LEY, P. & BLAXTER, ML. 2002. Systematic position and phylogeny. In: Lee, D.L (ed.). *The Biology of Nematodes*. Taylor and Francis, London, p. 1-30..

EISENBACK, J. D.; TRIANTAPHYLLON, H. H. Root-Knot nematodes : Meloidogynes species and races. In: Nickle, W. R. (ed.). Manual of Agricultural Nematology. New York: Marcel Dekker, 1991. cap. 6, p. 191-274.

EITEN, G. VEGETAÇÃO DO CERRADO. IN: NOVAES PINTO, M. (Org.). Cerrado: caracterização, ocupação e perspectivas. Brasília: Editora da UnB, 1993. p. 17-73.

FERRAZ, L. C. C. B.; MONTEIRO, A. R. Nematoides. In: Bergamim Filho, A., Kimati H. & Amorim L. Manual de Fitopatologia, v.1: Princípios e conceitos. 3 ed. São Paulo: Ceres, 1995. cap. 8, p. 168-201.

FREITAS, L.G.; OLIVEIRA, R.D.L. & FERRAZ, S. 2006. Introdução à Nematologia. 3ª edição. Ed. UFV. Viçosa-MG.

GARRIDO WE, AZEVEDO LG, DE, JUNIOR MJ (1982) O clima da região dos cerrados em relação a agricultura. Embrapa Cerrados- Planaltina DF. Comunicado Técnico 4. 37p.

GOERT, J.W.; WAGNER, E.; BARCELLOS, O,A. Savanas tropicais: dimensão, histórico e perspectiva. In: Faleiro, F.G.; Farias Neto, A.L. (eds.), Savanas. Desafios e Estratégias para o Equilíbrio entre Sociedade, Agronegócio e Recursos Naturais. Planaltina: Embrapa Cerrados, Cap. 2, p. 49-77, 2008.

GOODLAND, R.J.A. 1970. Plants of the Cerrado vegetation of Brazil. Phytologia 20:57-80.

GOULART AMC, MONTEIRO AR, FERRAZ LCCB (2003) Comunidades de nematoides em cerrado com vegetação original preservada ou substituída por culturas. 1. Diversidade taxonômica. Nematologia Brasileira 27(2): 129-137.

HUANG, S.P. & CARES, J.H. 1995. Community composition of plant-parasitic nematodes in native and cultivated cerrados of Central Brazil. Journal of Nematology 27: 237-243.

HUANG, S.P.; FREIRE, H.C.A. & CARES, J.E. 1996. Grupos composicionais e tróficos dos nematoides associados à sucupira branca (*Pterodon pubescens*) em Cerrado nativo. Fitopatologia Brasileira 21:156-160.

HUSSEY RS, BARKER KR (1973) A comparison of methods of collecting inocula of *Meloidogyne* spp., including a new technique. Plant Disease 57: 1025- 1028.

IBRAM DF (2012). Disponível em **www.ibram.df.gov.br**. Acesso em 28 de Maio de 2015.

KARSSEN, G. & MOENS, M. 2006. Root-knot nematodes. In: Perry, R.L.; Moens, M. (eds.) Plant Nematology. Cambridge, MA, USA, p. 59-90.

KLINK CA, MACHADO RB (2005) A conservação do Cerrado brasileiro. Megadiversidade 1:147-155.

LIMA-MEDINA I, GOMES CB, ROSSI CE, CARNEIRO RMDG (2006) Caracterização isoenzimática e biológica de populações de *Meloidogyne* ssp. provenientes de figueira do Rio Grande do Sul e São Paulo. Nematologia Brasileira 30: 179-188.

LORDELLO, L. G. E; Nematóides das plantas cultivadas. 8ª ed. São Paulo, Ed. Livraria Nobel, 1984, 314 p.

LORDELLO, R.R.A.; LORDELLO, A.I L.; PAULO, E.M. Multiplicação de *Meloidogyne javanica* em plantas daninhas. Nematologia Brasileira, v.12, p.84-92, 1988.

MAGGENTI, A. General nematology. New York: Springer Verlag, 1981. 372p.

MATTOS JKA (1999) Caracterização das comunidades de nematoides em oito sistemas de uso da terra nos cerrados do Brasil Central. Universidade de Brasília. Tese de Doutorado. 113p.

MENDONÇA, R.C., FELFILI, J.M., WALTER, B.M.T., SILVA-JR., M.C., REZENDE, A.V., FILGUEIRAS, T.S., NOGUEIRA, P.E. & FAGG, C.W. 2008. Flora

vascular do cerrado: Checklist com 12.356 espécies. In cerrado: Ecologia e flora (S.M. Sano, S.P. Almeida & J.F. Ribeiro, ED.). Embrapa-CPAC, Planaltina, P.417-1279.

MOENS, M.; PERRY, R. & STARR, J. 2009. *Meloidogyne* species- a diverse group of novel and important plant parasites. Pp. 483 In: Perry, R. N.; Moens, M.; Starr, J. L. (eds). Root-knot nematodes, 1. Wallingford, UK

MOURA, R.M. Gênero *Meloidogyne* e a meloidoginose. Parte I. IN: Luz, W. C.(ED.): Revisão anual de patologia de plantas, Passo Fundo, 1996. V.4, P. 209-244.

MYERS N, MITTERMEIER RA, MITTERMEIER CG, DA FONSECA GAB, KENT J. 2000. Biodiversity hotspots for consevation priorities. Nature. 403: 853-858

NEHER, D.A. Role of nematodes in soil health and theis use as indicators. Journal of Nematology, v.33, n.4, p.161-168, 2001.

NIMER E (1989) Climatologia do Brasil. Fundação Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística IBGE. Rio de Janeiro RJ.

ORION, D. & KRITZMAN, G. 1991. Antimicrobial activity of *Meloidogyne javanica* gelatinous matrix. Nematologica 14:481–483.

PERRY RN, MOENS M, STARR JL (2009) Root- knot nematodes. In: Eisenback JD & Hunt DJ, eds. General Morphology. Virginia, USA. CABI International, p. 18-54.

PREVEDELLO JA, CARVALHO CBJ (2006) Conservação do Cerrado brasileiro: o método panbiogeográfico como ferramenta para a seleção de áreas prioritárias. Natureza e Conservação 4:39-57.

PROCTER DLC (1990) Global overview of the functional roles of soil-living nematodes in terrestrial communities and ecosystems. Journal of Nematology 22:1-7.

RAMMAH, A. & HIRSCHMANN, H. 1990. Morphological comparison of three host races of *Meloidogyne javanica*. *Journal of Nematology* 22: 56-68.

RATER, J. A; BRIDGWATER, S.; ATKINSON, R.; RIBEIRO, J. F. Analysis of the floristic composition of the Brazilian Cerrado Vegetation II. Comparison of the woody vegetation of 98 areas. *Edinburgh Journal of Botany*, v. 53 (153 – 180). 1996.

RIBEIRO, J. F. & WALTER, B. M. T. Fitofisionomias do bioma cerrado. 1998. In: *Cerrado: ambiente e flora*. Sano, S.M.; Almeida, S.P. (eds). Embrapa-CPAC, Planaltina, DF. p.89-166.

RICHARDS, P. W. *The Tropical rain forest: an ecological study*. Cambridge: Cambridge University Press, 1976. 450p.

RODRIGUES, C. S. 2011 Comunidades de nematoides fitoparasitas e de vida livre associadas às principais fitofisionomias do Cerrado do Parque Nacional de Brasília. Dissertação de Mestrado. Universidade de Brasília. Brasília – DF.

SANTOS, J. M. Estudos das principais espécies de *Meloidogyne* Goeldi que infectam o cafeeiro no Brasil com descrição de *Meloidogyne goeldii* sp. n. 1997. 153 fls. Tese (Doutorado em Proteção de Plantas). Faculdade de Ciências Agronômicas - Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 1997.

SILVA, J.G.P. 2012. Ocorrência de *Meloidogyne* spp. em diferentes fitofisionomias do Cerrado e hospedabilidade de plantas nativas a *Meloidogyne javanica*. 2012. Dissertação de Mestrado. Universidade de Brasília, Brasília, Brasil.

TAYLOR AL, SASSER JN (1978) Biology, identification and control of root-knot nematodes (*Meloidogyne* species). North Carolina State University, Raleigh, North Carolina. pp. 1-11.

TAYLOR, D.T. & SASSER, J.N. 1983. Biología, identificación y control de los nematodos de nódulo de la raíz (*Meloidogyne* species). North Carolina State University and USAID

TOLEDO LO, ANJOS LHC, COUTO WH, CORREIRA JR, PEREIRA MG, CORREIA MEF (2009) Análise multivariada de atributos pedológicos e fitossociológicos aplicadas na caracterização de ambientes de cerrado no norte de Minas Gerais. Revista Árvore 33: 957-968.

WWF (2010). Disponível em **www.wwf.org.br**. Acesso em 26 de Maio de 2015.